

УДК 576.895.121 : 577.1 : 598.6

ЛИПИДЫ ЦЕСТОД RAILLIETINA TETRAGONA И RAILLIETINA ECHINOBOTHRIDA ИЗ КИШЕЧНИКА КУР

И. П. Выхрестюк, Г. В. Ярыгина, И. И. Ильясов

Биологический институт ДВНЦ АН СССР, г. Владивосток;
Научно-исследовательский ветеринарный институт г. Душанбе

Методом тонкослойной и газо-жидкостной хроматографии охарактеризованы липиды цестод *R. tetragona* и *R. echinobothrida*, паразитирующих у кур. Оба вида различаются между собой по общему содержанию липидов, составу нейтральных липидов и фосфолипидов. Жирнокислотный состав липидов рабетин близок к таковому кишечника кур. Заражение цестодами вызывает уменьшение количества триглицеридов и элеиновой кислоты в липидах кур.

Большой прогресс в изучении химии и биохимии липидов паразитических червей был достигнут в последние 20—25 лет. Это связано прежде всего с применением радиоизотопных методов исследования, газо-жидкостной и тонкослойной хроматографии, а также с установлением важной роли липидов в биологических мембранах. За это время были охарактеризованы особенности состава и биосинтеза липидов у целого ряда паразитических червей. Показано, что в состав липидов паразитических червей входят те же компоненты, которые мы находим в липидах позвоночных, жирнокислотный состав их липидов характеризуется высокой степенью ненасыщенности. Все паразитические черви не способны к синтезу холестерола и жирных кислот de novo и могут лишь удлинять цепь жирных кислот, начиная с C_{14} . Однако липиды изучены преимущественно у нематод и трематод и лишь у небольшого числа цестод: гименолеписов (Harrington, 1965; Ginger, Fairbairn, 1966a; Overturf, Dryer, 1968; Buteau, Fairbairn, 1969; Webb, Mettrick, 1975) и тениид (McMahon, 1961; Kassis, Fraya, 1973). Гораздо менее исследованы липиды других цестод (Buteau e. a., 1971; Botero, Reid, 1969; Beach e. a., 1973; Смирнов, Сидоров, 1979).

Объектом нашего исследования явились цестоды *Raillietina tetragona* и *R. echinobothrida*, паразитирующие у кур. Для сравнения изучались также липиды подвздошной и тощей кишок здоровых кур и кур, в которых паразитировали цестоды.

МАТЕРИАЛ И МЕТОДЫ ИССЛЕДОВАНИЯ

Для изучения липидов этих цестод собирали в течение 10 дней от только что убитых кур в совхозе имени 50-летия СССР Яванского р-на Таджикской ССР. Параллельно брали среднюю пробу тканей подвздошной и тощей кишки этих же кур в той области, где обитали паразиты, а также кур здоровых, не пораженных гельминтами.

Опыт 1. Собрано 35 половозрелых *R. tetragona* и по 3 пробы стенок кишечника от больной курицы, где найдены все 35 цестод, и от 3 здоровых кур (контроль).

Опыт 2. Собрано из одной курицы 17 половозрелых *R. tetragona* и 2 *R. echinobothrida*, а также по 3 пробы стенок кишечника от этой больной курицы и от 3 здоровых кур.

Опыт 3. Собрано 59 половозрелых *R. tetragona* и 2 *R. echinobothrida* от 3 больных кур, а также средние пробы стенок кишечника от кур, где жили соответственно 35, 18 и 5 цестод, и от 3 здоровых кур.

Живых червей и пробы стенок кишечника промывали физиологическим раствором, промокали между листами фильтровальной бумаги и, измельчив ножницами, сразу же заливали 5-кратным объемом хлороформ-метанольной смеси (2 : 1) и доставляли в лабораторию. Здесь червей и ткани кишечника измельчали в стеклянном гомогенизаторе, добавляли к ним 15-кратный объем хлороформ-метанольной смеси (2 : 1) и извлекали липиды по методу Фольча с сотр. (Folch e. a., 1957). Очищенные хлороформ-метанольные экстракты упаривали в ротационном испарителе и липиды перерастворяли в небольшом объеме хлороформа (содерж-

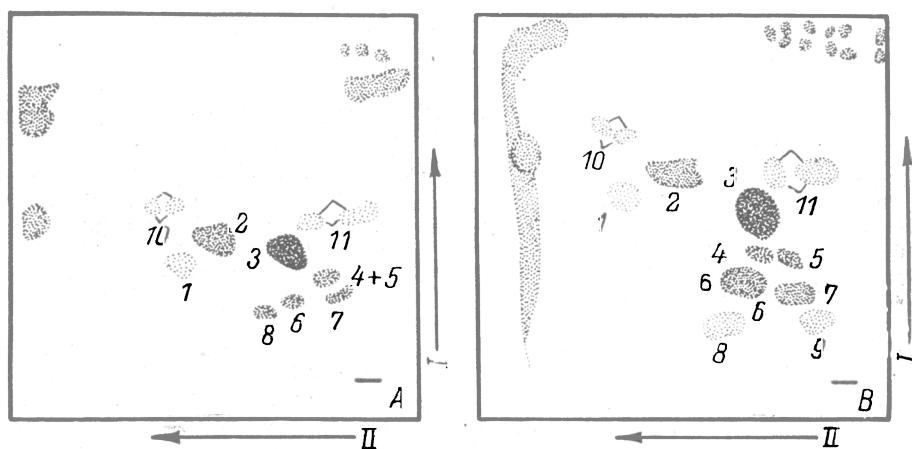


Рис. 1. Разделение липидов кишечника кур на двумерных хроматограммах. Адсорбент силикагель Weilm + 10% гипса.

Системы растворителей: A — система I хлороформ—метанол—аммиак (65 : 35 : 5), система II хлороформ—ацетон—метанол—уксусная кислота—вода (5 : 2 : 1 : 1 : 0.5); B — система I хлороформ—метанол—аммиак (65 : 25 : 5), система II хлороформ—ацетон—метанол—уксусная кислота—вода (3 : 4 : 1 : 1 : 0.5). 1 — дифосфатидилглицерин, 2 — фосфатидилэтаноламин, 3 — фосфатидилхолин, 4 — лизофосфатидилэтаноламин, 5 — сфиномиelin, 6 — фосфатидилинозитол, 7 — лизофосфатидилхолин, 8 — фосфатидилсерин, 9 — неидентифицированный липид, 10 — цереброзиды, 11 — сульфолипиды.

жащего 10% метанола). Общий липидный экстракт анализировали с помощью одно- и двумерной хроматографии на силикагеле (Amenta, 1964; Svetashev, Vaskovsky, 1972). Нейтральные липиды исследовали методом одномерной хроматографии в системах тексан—диэтиловый эфир—уксусная кислота (70 : 30 : 1) и (80 : 20 : 1), полярные — методом двумерной хроматографии в кислой и основной системах растворителей: хлороформ—метанол—аммиак (60 : 35 : 5) и (65 : 25 : 5) в первом направлении и соответственно хлороформ—ацетон—метанол—уксусная кислота—вода (5 : 2 : 1 : 1 : 0.5) или (3 : 4 : 1 : 1 : 0.5) — во втором направлении (рис. 1). Липидные пятна идентифицировали, используя соответствующие индивидуальные соединения в качестве свидетелей и специфические опрыскивающие* реагенты. Обнаружение липидов на хроматограммах проводили с помощью 10%-ной H_2SO_4 в метаноле, 5%-ного раствора фосфорномolibденовой кислоты в этаноле, реагента Васьковского с сотрудниками на фосфолипиды (Vaskovsky e. a., 1975), 0.2%-ного раствора нингидрина в этаноле на аминосодержащие фосфолипиды, реактива Драгендорфа на холиносодержащие липиды (Wagner e. a., 1961), α -нафтола на гликолипиды (Кейтс, 1975), реагента Лоури на холестерин и его эфиры (Lowry, 1968).

Метилирование нейтральных липидов проводили метанолом с хлористым ацетилом. Полученные метиловые эфиры жирных кислот извлекали тексаном, очищали тонкослойной хроматографией и анализировали на газо-жидкостном хроматографе «Хром IV» с пламенно-ионизационным

детектором на полярной фазе, 15%-ный диэтиленгликольсукинат на хромосорбе *W* при 187° С в изотермическом режиме и с программированием температуры от 110 до 190°, а также на неполярной фазе *SE-30* при 210° С. Количественной оценкой содержания каждой кислоты служило произведение высоты пика на время удерживания (Carroll, 1961). Идентификацию жирных кислот проводили способом, описанным ранее (Выхрестюк и др., 1974).

РЕЗУЛЬТАТЫ

Общее количество липидов в пересчете на лиофилизированный вес достигает в *R. tetragona* 9.6—15.2%, в *R. echinobothrida* — 28.4%. Из них фосфолипиды составляют в *R. tetragona* 25.6%, в *R. echinobothrida* — 26.9%. В состав фосфолипидов обеих райетин входят большие количества фосфатидилхолина, фосфатидилэтаноламина и фосфатидилинозитол (рис. 2). Количество фосфатидилсерина, дифосфатидилглицерина, лизофосфатидилхолина и лизофосфатидилэтаноламина невысоко. Липиды райетин содержат те же фосфолипиды и в тех же соотношениях, что и липиды тканей хозяина, за исключением сфингомиелина, который в цестодах обнаружить не удалось. Сульфолипиды в больших количествах входят в состав липидов кишечника кур и несколько меньших — в липиды райетин (рис. 1 и 2).

Известно, что наиболее подвижной фракцией липидов являются нейтральные липиды, количество которых изменяется в зависимости от внешних условий. Содержание нейтральных липидов в наших опытах составляет в среднем в *R. tetragona* 74.4%, в *R. echinobothrida* — 73.06%. При этом количество нейтральных липидов в разных сериях *R. tetragona* колеблется от 62.5 до 83.7%. В состав нейтральных липидов входят триглицериды (преобладают), диглицериды, холестерин, эфиры холестерина и свободные жирные кислоты (табл. 1). Липиды райетин отличаются от липидов тканей хозяина повышенным содержанием стеринов и эфиров стеринов и пониженным содержанием триглицеридов. Сильное заражение цестодами приводит к резкому уменьшению количества триглицеридов в тканях хозяина. В то же время количество свободных жирных кислот возрастает почти в 3 раза (табл. 1). По составу жирных кислот липиды райетин близки к липидам кишечника кур. Следует отметить, что жирнокислотный состав липидов подвздошной и тощей кишки

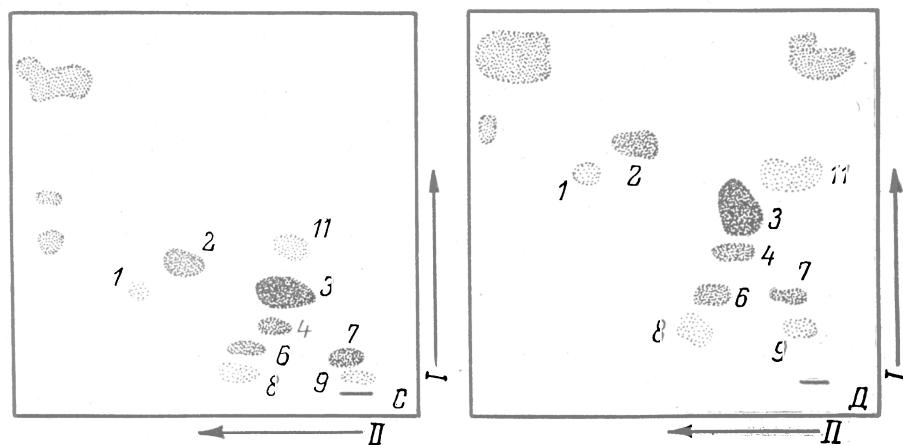


Рис. 2. Разделение фосфолипидов райетин на двумерных хроматограммах в системах: I — хлороформ—метанол—аммиак (65 : 25 : 5) и II — хлороформ—ацетон—метанол—уксусная кислота—вода (3 : 4 : 1 : 1 : 05).

C — *R. tetragona*; *D* — *R. echinobothrida*. 1 — дифосфатидилглицерин, 2 — фосфатидилэтаноламин, 3 — фосфатидилхолин, 4 — лизофосфатидилэтаноламин, 6 — фосфатидилинозитол, 7 — лизофосфатидилхолин, 8 — фосфатидилсерин, 9 — неидентифицированный липид, 11 — сульфолипиды.

Таблица 1

Содержание нейтральных липидов в райетинах и тканях хозяина
с различной степенью заражения
(в % от общего количества нейтральных липидов)

Липиды	Цестоды		Ткани кишечника кур, где паразитировало райетин (в экв.)			
	<i>R. tetragona</i>	<i>R. echinobothrida</i>	36	18	5	0
Моноглицериды	сл.	сл.	2.4 ± 0.25	—	3.5 ± 0.42	0.95 ± 0.31
Диглицериды	2.8 ± 0.49	1.4 ± 0.23	сл.	сл.	сл.	сл.
Стерины	21.6 ± 0.36	17.2 ± 0.53	10.7 ± 0.13	15.5 ± 0.45	9.5 ± 0.24	8.5 ± 0.18
Свободные жирные кислоты	7.8 ± 0.14	6.5 ± 0.49	45.7 ± 0.49	46.7 ± 0.50	15.0 ± 0.21	14.2 ± 0.48
Триглицериды	35.6 ± 0.59	3.84 ± 1.28	37.3 ± 0.31	32.6 ± 0.21	65.1 ± 0.30	66.9 ± 0.84
Метиловые эфиры жирных кислот	7.1 ± 0.62	4.2 ± 0.40	—	—	—	2.9 ± 0.34
Эфиры стеринов	25.1 ± 0.47	32.0 ± 0.96	3.9 ± 0.47	5.2 ± 0.31	6.9 ± 0.21	6.5 ± 0.21

кур в разных опытах оказался почти идентичным как в случае здоровых, так и пораженных кур. Как в липидах кишечника кур, так и в липидах райетин преобладающими жирными кислотами являются олеиновая ($C_{18:1}$), пальмитиновая ($C_{16:0}$), линолевая ($C_{18:2}$) и стеариновая ($C_{18:0}$) кислоты (табл. 2 и 3). Содержание ненасыщенных кислот составляет в липидах из кишечника здоровых кур 71%, из кур зараженных — 65%, в липидах *R. tetragona* — 64%, в *R. echinobothrida* — 44%. Липиды райетин содержат более высокое количество миристиновой ($C_{14:0}$), пальмитиновой, линолевой, линоленовой ($C_{18:3}$) кислот и пониженное количество стеариновой и арахидоновой ($C_{20:4}$) кислот (табл. 2). В липидах червей появляется эйкозапентаеновая кислота ($C_{20:5}$), которая не обнаруживается у кур. Интересно, что липиды *R. tetragona* и *R. echinobothrida* из одного кишечника довольно резко различаются между собой по жирно-кислотному составу. Так, липиды *R. echinobothrida* включают вдвое большее количество пальмитиновой кислоты, большее количество пентадекановой ($C_{15:0}$), гептадекановой ($C_{17:0}$), линоленовой и докозагексаеновой ($C_{22:6}$) кислот, а содержание стеариновой, олеиновой, линоленовой и арахидоновой кислот в них значительно ниже, чем в *R. tetragona*. Заражение цестодами оказывает влияние на жирнокислотный состав липидов кишечника кур (табл. 2, 3), особенно на содержание олеиновой и стеариновой кислот. Липиды кишечника здоровых кур характеризуются наиболее высоким содержанием олеиновой кислоты и наименьшим — стеариновой. Зараженность 5 цестодами уже приводит к значительному понижению содержания олеиновой кислоты, зараженность 18 цестодами снижает его почти на 40%. Напротив, количество стеариновой кислоты возрастает на 52%. Но, по-видимому, это снижение не может быть беспрепятственным, так как увеличение степени зараженности еще в два раза уже не влияет на жирнокислотный состав липидов кишечника кур.

ОБСУЖДЕНИЕ

Количество липидов в *R. echinobothrida* (28.4%) в два раза и более превышает таковое в *R. tetragona* (9.6—15.2%). Количество общих липидов в других цестодах также может варьировать в широких пределах. Так, в *Hyemenolepis diminuta* оно изменяется от 21.2% (Harrington, 1965) до 34.5% (von Brand, 1966). В *Hyemenolepis citelli* оно составляет 16.1% (Harrington, 1965), в *Diphilobothrium latum* — 17.7% (Smorodintsev, Bebe- shin, 1936), в *Spirometra mansonioides* — 16.0% (Meyer e. a., 1966). Известно, что содержание общих липидов, как и количество и состав нейтральных липидов, в червях не являются стабильными и зависят от различных усло-

Таблица 2
Жирнокислотный состав липидов цестод и тканей кишечника кур

Жирная кислота, число атомов углерода и двойных связей	Ткани кишок кур		Цестоды	
	незараженных	с 2 <i>R. echinobothrida</i> и 17 <i>R. tetragona</i>	<i>R. tetragona</i>	<i>R. echinobothrida</i>
До C ₁₄ : 0	—	0.1 ± 0.02	0.3 ± 0.02	1.0
C ₁₄ : 0	0.5 ± 0.01	0.8 ± 0.04	1.3 ± 0.04	1.4 ± 0.04
C ₁₅ : 0	0.1 ± 0.01	0.9 ± 0.07	0.8 ± 0.05	2.0 ± 0.10
C ₁₅ : 1	—	0.2 ± 0.03	1.0 ± 0.03	сл.
C ₁₆ : 0	22.8 ± 0.21	20.1 ± 0.31	24.2 ± 0.33	44.5 ± 0.49
C ₁₆ : 1	4.0 ± 0.07	1.0 ± 0.03	1.2 ± 0.06	—
C ₁₇ : 0	—	0.3 ± 0.05	0.2 ± 0.01	1.7 ± 0.13
C ₁₇ : 1	0.1 ± 0.04	0.7 ± 0.09	0.9 ± 0.06	—
C ₁₈ : 0	6.1 ± 0.09	13.3 ± 0.17	9.5 ± 0.11	6.5 ± 0.04
C ₁₈ : 1	48.0 ± 0.09	20.7 ± 0.32	21.2 ± 0.03	10.0 ± 0.14
C ₁₈ : 2	15.9 ± 0.15	19.4 ± 0.23	26.3 ± 0.16	20.5 ± 0.25
C ₁₈ : 3	0.6 ± 0.06	0.6 ± 0.05	1.2 ± 0.06	2.7 ± 0.08
C ₁₈ : 4	0.8 ± 0.01	1.1 ± 0.11	1.7 ± 0.04	сл.
C ₂₀ : 2	0.1 ± 0.02	0.5 ± 0.08	0.6 ± 0.03	0.2 ± 0.06
C ₂₀ : 3	сл.	0.6 ± 0.25	0.5 ± 0.12	0.1 ± 0.03
C ₂₀ : 4	0.3 ± 0.03	6.9 ± 0.20	2.0 ± 0.05	1.1 ± 0.20
C ₂₀ : 5	сл.	сл.	0.1 ± 0.02	0.7 ± 0.35
C ₂₂ : 2	сл.	1.3 ± 0.08	1.1 ± 0.03	1.0 ± 0.10
C ₂₂ : 4ω6	0.4 ± 0.01	2.1 ± 0.40	0.6 ± 0.02	—
C ₂₂ : 6ω6	сл.	1.4 ± 0.18	0.5 ± 0.04	0.9 ± 0.25
C ₂₂ : 6ω3	сл.	7.6 ± 0.39	5.2 ± 0.17	3.8 ± 0.58

Таблица 3
Влияние степени зараженности *R. tetragona*
на жирнокислотный состав липидов тканей кишечника кур

Жирная кислота, число атомов углерода и двойных связей	Липиды тканей кур			
	незараженных	с 5 цестодами	с 18 цестодами	с 36 цестодами
До C ₁₄ : 0	сл.	сл.	сл.	сл.
C ₁₄ : 0	0.5 ± 0.01	0.8 ± 0.02	0.6 ± 0.03	0.6 ± 0.04
C ₁₅ : 0	0.1 ± 0.01	0.2 ± 0.06	0.1 ± 0.02	0.2 ± 0.04
C ₁₆ : 0	22.7 ± 0.12	25.5 ± 0.64	27.3 ± 0.29	25.4 ± 0.77
C ₁₆ : 1	4.0 ± 0.06	3.5 ± 0.10	2.6 ± 0.05	3.6 ± 0.34
C ₁₇ : 0	—	—	0.3 ± 0.02	—
C ₁₇ : 1	0.1 ± 0.01	0.2 ± 0.02	0.2 ± 0.05	—
C ₁₈ : 0	6.1 ± 0.06	9.9 ± 0.13	12.9 ± 0.15	12.3 ± 0.26
C ₁₈ : 1	47.9 ± 0.06	37.9 ± 0.11	29.7 ± 0.30	31.6 ± 0.29
C ₁₈ : 2	16.1 ± 0.11	18.1 ± 0.16	17.0 ± 0.06	18.5 ± 0.30
C ₁₈ : 3	0.6 ± 0.03	0.6 ± 0.07	0.5 ± 0.11	—
C ₁₈ : 4	0.9 ± 0.02	1.1 ± 0.06	0.6 ± 0.08	0.6 ± 0.04
C ₂₀ : 2	0.2 ± 0.02	0.2 ± 0.05	0.4 ± 0.10	0.3 ± 0.02
C ₂₀ : 3	сл.	сл.	0.2 ± 0.05	0.2 ± 0.06

Таблица 3 (продолжение)

Жирная кислота, число атомов углерода и двойных связей	Липиды тканей кур			
	незараженных	с 5 цестодами	с 18 цестодами	с 36 цестодами
C ₂₀ : 4	0.3 ± 0.02	0.7 ± 0.03	2.7 ± 0.11	2.8 ± 0.14
C ₂₀ : 5	сл.	—	0.1 ± 0.04	0.1 ± 0.05
C ₂₂ : 2	0.1 ± 0.03	0.4 ± 0.07	0.6 ± 0.11	0.6 ± 0.13
C ₂₂ : 4ω6	0.1 ± 0.02	0.2 ± 0.02	1.2 ± 0.47	0.8 ± 0.05
C ₂₂ : 5	—	—	0.5 ± 0.19	сл.
C ₂₂ : 6ω6	—	—	0.5 ± 0.30	0.4 ± 0.15
C ₂₂ : 6ω3	—	0.8 ± 0.10	2.4 ± 0.16	1.6 ± 0.24

вий (состава пищи, ее количества, температуры окружающей среды и т. д.). Но в нашем опыте оба вида райетин обитали в одной курице (опыт 3), т. е. все внешние условия были у них одинаковыми. Эти два вида райетин различаются не только по содержанию общих липидов, но и по количеству различных фракций нейтральных липидов (табл. 1), а также жирнокислотному составу общих липидных экстрактов. Как известно, паразитические черви не способны к синтезу жирных кислот и получают их с пищей, т. е. из липидов хозяина. Однако они могут синтезировать собственные липиды из жирных кислот, поглощенных из тканей хозяина и синтезированного в их организме гликогена (Ginger, Fairbairn, 1966a; Meyer e. a., 1966; Meyer F., Meyer H., 1972; Buteau, Fairbairn, 1969). Поэтому отмеченные выше факты свидетельствуют о том, что райетины способны избирательно поглощать из среды жирные кислоты и строить из них липиды, характерные для данного вида райетин.

В среднем около четверти всех липидов райетин составляют фосфолипиды. В разных опытах их количество может колебаться от 16.3 до 37.4%. Такое соотношение фосфолипидов и нейтральных липидов характерно для большинства паразитических червей, в том числе и цестод (McMahon, 1961; Harrington, 1965; Ginger, Fairbairn, 1966; Smith, Brooks, 1969).

Фосфолипиды — это структурные липиды организма, поэтому состав и количество их обычно не подвержены сильному колебанию. Изменение количества фосфолипидов в разных представителях райетин, а также в различных паразитических червях, вероятно, зависит от колебаний в содержании нейтральных липидов, которое может резко меняться в зависимости от внешних условий. Состав фосфолипидов райетин близко напоминает фосфолипидный состав кишечника кур (рис. 1, 2), отличаясь от них отсутствием сфингомиелина.

Заржение кур райетинами приводит к уменьшению количества триглицеридов в липидах кишечника кур (табл. 1) вдвое. Напротив, количество свободных жирных кислот возрастает втрое. Эти факты свидетельствуют о том, что цестоды способны гидролизовать запасные липиды хозяина. Этот вывод совпадает с представлениями о способности тегумента цестод осуществлять пищеварение, выделяя гидролитические ферменты.

Жирнокислотный состав липидов кишечника кур также меняется при заражении. Количество олеиновой кислоты значительно сокращается, содержание стеариновой кислоты возрастает вдвое. Такое же действие оказывало заражение эхинококками на липиды печени овец (Vessal e. a., 1974). Известно, что именно стеариновая кислота наиболее сильно реагирует на изменение внешних условий (Крепс, 1979). Падает и общая ненасыщенность липидов. Содержание ненасыщенных кислот в *R. tetragona* соответствует таковому липидов тканей больных кур, в *R. echin-*

nobothrida оно значительно ниже за счет высокого содержания пальмитиновой кислоты. Ненасыщенность липидов в райетинах примерно такова же, как в цестодах из других теплокровных животных: *Schistosoma mansoni* (Meyer e. a., 1972), *Spirometra mansonioides* (Meyer e. a., 1966). В цестодах из рыб она выше (Смирнов и Сидоров, 1979). Это, по-видимому, связано с тем, что существование в условиях более низких температур приводит к увеличению содержания ненасыщенных кислот в таких организмах (Крепс, 1979).

Л и т е р а т у р а

Выхрестюк Н. П., Ярыгина Г. В., Андреева Л. И. Характеристика липидов из нематоды *Mecistocirrus digitatus*. — ЖЭБиФ, 1974, т. 10, вып. 2, с. 153—157.

Кейтс М. Техника липидологии. Мир, 1975. 159 с.

Крепс Е. М. О приспособительной роли клеточных липидов. — В кн.: 4-й Всес. биохим. съезд (тез. докл.). М., Наука, 1979, с. 34—36.

Смирнов Л. П., Сидоров В. С. Жирнокислотный состав цестод *Eubothrium crassum* и *Diphyllobothrium dendriticum*. — Паразитология, 1979, т. 13, вып. 5, с. 522—529.

AMENTA J. S. A rapid method for quantification of lipids separated by thin-layer chromatography. — J. Lipid Res., 1964, vol. 5, N 2, p. 270—272.

Beach D. H., Sherman I. W., Holz G. G. Incorporation of docosahexaenoic fatty acid into the lipids of a cestode of marine elasmobranchs. — J. Parasitol., 1973, vol. 59, N 4, p. 655—666.

Boterro H., Reid W. M. Raillietina cesticillus: fatty acid composition. — Exp. Parasitol., 1969, vol. 25, N 1, p. 93—100.

Brand T. von. Biochemistry of parasites. New-York—London, Acad. Press, 1966, p. 191—233.

Buteau G. H., Fairbairn D. Lipid metabolism in helminth parasites. 8. Tri-glyceride synthesis in *Hymenolepis diminuta* (Cestoda). — Exp. Parasitol., 1969, vol. 25, N 1—3, p. 265—275.

Buteau G. H., Simmonds J. E., Beach D. H., Holz G. G., Sherman I. W. The lipids of cestodes from Pacific and Atlantic coast triakid sharks. — J. Parasitol., 1971, vol. 57, N 6, p. 1272—1278.

Carroll K. K. Quantitative estimation of peak areas in gas-liquid chromatography. — Nature, 1961, vol. 194, N 4786, p. 377—378.

Folch J., Less G. H., Sloane-Stanley. A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. — J. Biol. Chem., 1957, vol. 226, N 1, p. 497—509.

Ginger C. D., Fairbairn D. Lipid metabolism in helminth parasites. — I. The lipids of *Hymenolepis diminuta* (Cestoda). — J. Parasitol., 1966, vol. 52, N 6, p. 1086—1096.

Ginger C. D., Fairbairn D. Lipid metabolism in helminth parasites. — II. The major origins of the lipids of *Hymenolepis diminuta* (Cestoda). — J. Parasitol., 1966a, vol. 52, N 6, p. 1097.

Harrington L. The lipid component of *Hymenolepis diminuta* and *Hymenolepis citelli*. — Exptl. Parasitol., 1965, vol. 17, N 2, p. 287—295.

Kassis A., Fraihat G. J. Lipids of the cysticerci of *Taenia hydatigena* (Cestoda). — Comp. Biochem. Physiol., 1973, vol. 46, N 3, p. 435—443.

Lowry R. R. Ferric chloride spray detector for cholesterol and cholestryll esters on thin-layer chromatograms. — J. Lipid Res., 1968, vol. 9, N 3, p. 397.

McMahon P. A. Phospholipids of larval and adult *Taenia taeniaeformis*. — Exptl. parasitol., 1961, vol. 11, N 2—3, p. 156—160.

Meyer F., Kimura S., Mueller J. F. Lipid metabolism in the larval and adult form of tapeworm *Spirometra mansonioides*. — J. Biol. Chem., 1966, vol. 241, N 18, p. 4224.

Meyer F., Meyer H. Loss of acid biosynthesis in flatworms. — In: Comparative Biochemistry of Parasites. New-York—London, Acad. Press, 1972, p. 383—393.

Overturf M., Dryer R. L. Lipid metabolism in the adult cestode *Hymenolepis diminuta*. — Comp. Biochem. Physiol., 1968, vol. 27, N 1, p. 145—175.

Smith T. M. Jr., Brooks T. S. Jr. Lipid fractions in adult *Schistosoma mansoni*. — Parasitol., 1969, vol. 59, N 2, p. 293—298.

Smorodintsev I. A., Bebeshin K. V. Beitrag zur Chemie der Helminten — IV. Mitteilung: Die chemische Zusammensetzung des *Diphyllobothrium latum*. — J. Biochem., 1936, vol. 23, N 1, p. 21—22.

Svetashhev V. I., Vaskovsky V. E. A simplified technique for thin-layer microchromatography of lipids. — J. Chromatogr., 1972, vol. 67, N 3, p. 376—378.

Vaskovsky V. E., Kostetskyy E. Y., Vasendin I. M. Universal reagent for phospholipids analysis. — J. Chromatogr., 1975, vol. 114, N 1, p. 129—141.

Vessal M., Zekavat S. J., Mohammadi-Ladenk A. A. Lipids of *Echinococcus granulosus* Protoscolices. Lipids, 1974, vol. 7, N 5, p. 289—299.

Wagner H., Hörrhammer L., Wolff P. Thin-layer chromatography of phosphatides and glycolipides. — Biochemische Zeitschrift, 1961, Bd 334, p. 175—184.
Webb R. A., Mettrick D. F. The role of glucose in the lipid metabolism of the rat tapeworm *Hymenolepis diminuta*. — Int. J. Parasitol., 1975, vol. 5, N 4, p. 107—112.

LIPIDS OF THE CESTODES RAILLIETINA TETRAGONA AND RAILLIETINA ECHINOBOTHRIDA FROM THE INTESTINE OF CHICKENS

N. P. Vykhrestyuk, G. V. Yarygina, I. N. Ilyasov

S U M M A R Y

Lipids of the cestodes *R. tetragona* and *R. echinobothrida*, parasites of chickens, were studied by thin-layer and gas-liquid chromatography methods. The quantity of neutral lipids amounts to 74.4% in *R. tetragona* and to 73.1% in *R. echinobothrida*. Triglycerides amount to 35.6% and 38.4% of the neutral lipids in these species, sterols to 24.6% and 17.2%, sterol esters to 25.1% and 32.0%, diglycerides to 2.8% and 1.4% and free fatty acids to 7.8% and 6.5%, respectively. Fatty acids content of worms is similar but not identical of that of chicken intestine lipids.

Cestode infection affects the lipid content of chicken intestine resulting in the decrease of triglycerides and oleic acid quantities and in the increase of the amount of free fatty acids and stearic acid.
